



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
FACULTAD DE AGRONOMIA

Departamento de Protección Agrícola y Forestal
Maestría en Sanidad Vegetal

Trabajo de Graduación

**Identificación, fluctuación poblacional de insectos y
descripción de enfermedades asociadas al plátano en
Rivas, Nicaragua.**

AUTOR

Ing. Trinidad Castillo Arévalo

Asesor:

Dr. Edgardo Jiménez Martínez

Managua, Nicaragua

Marzo, 2016

Este trabajo de maestría fue evaluado y aprobado por el honorable tribunal examinador designado por la decanatura en la Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional Agraria como requisito parcial para optar al título de Maestro en Ciencias en Sanidad Vegetal.

Miembros del Tribunal Examinador

Presidente

Secretario

Vocal

Lugar y fecha (día/mes/año) _____

DEDICATORIA

A ti, Dios Padre, porque tu misericordia es grande para conmigo.

El temor a Yahvé es el principio de la sabiduría, y el conocimiento del Santísimo es la inteligencia.

Porque por mí se aumentarán tus días, y años de vida se te añadirán.

Si fueres sabio, para ti los serás; y si fueres escarnecedor, pagarás tú solo. Proverbios 9:10-12

A mi Madre (q.e.p.d), y mi Padre que me concibieron y me dieron la oportunidad de existir, a mi esposa y mis hijos por su apoyo incondicional, por brindarme su amor, comprensión y apoyo incondicional para seguir formándome como profesional, a quienes les agradeceré eternamente por todos los sacrificios y esfuerzos que ellos realizaron para que llegar a esta etapa de mi vida.

Trinidad Castillo Arévalo

AGRADECIMIENTO

*“Cantad alegres a Dios, habitantes de toda la tierra.
Servid a Yahvé con alegría; venid ante su presencia con regocijo.
Reconoce que Yahvé es Dios; él nos hizo y no nosotros a nosotros
mismos; pueblo suyo somos y ovejas de su prado.
Entrad por sus puertas con acción de gracias, por sus atrios con
alabanza; alabadle bendecid su nombre.
Porque Yahvé es bueno; para siempre es su misericordia, y su
verdad por todas las generaciones.” Salmo 100.*

En primer lugar “Dad gracias en todo, porque esta es la voluntad de Dios para con vosotros en Cristo Jesús. “ 1 Tes. 5:18. Agradezco a mi familia Esposa e hijos por haberme animado a comenzar y terminar esta Maestría que ahora finalizo con éxito. Al Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de América USDA, por el financiamiento. A las autoridades del Instituto de Protección y Sanidad Agropecuaria IPSA por haberme dado la oportunidad de seguir fortaleciendo mis conocimientos.

Al excelente cuerpo docente y de logística de la Universidad Nacional Agraria UNA; especialmente al Dr. Edgardo Jiménez Martínez; por estar siempre a mi disposición, por su apoyo y confianza, le agradezco los buenos momentos que pasamos, gracias por sus buenos consejos, los ánimos por abrir mi mente en tantos diálogos. Muchas gracias.

Al Compañero Alex Cerrato, que me dio un decisivo apoyo en la área de entomología, por tender siempre su mano mucho antes de que se la pidan, por su apoyo incondicional y la buena persona que es, por sus valiosas enseñanzas, sus animosas conversaciones y por haberme contagiado su amor por la Entomología.

AGRADECIMIENTO

A los amigos productores Nacxil Zúñiga, Marlon Aguilar, Arnoldo Pérez, Rony Alvarado, por su gran amabilidad, la gran ayuda que me han prestado en los muestreos al permitir y darme la oportunidad de disponer de sus áreas productivas de plátano y por lo bien que me atendieron.

A todos mis compañeros y compañeras de la maestría con los que en estos años he compartido comidas, cafés, muchas risas, momentos de reflexiones para perseguir la metas propuestas en esta etapa de nuestras vidas, gracias por su hospitalidad y por haber hecho de los escenarios de clases un lugar más agradable.

Trinidad Castillo Arévalo

INDICE DE CONTENIDOS

SECCION		PAGINA
	DEDICATORIA	i
	AGRADECIMIENTO	ii
	INDICE DE CONTENIDOS	iv
	INDICE DE CUADROS	viii
	INDICE DE FIGURAS	ix
	INDICE DE ANEXOS	x
	RESUMEN	1
	ABSTRACT	2
I	INTRODUCCION	3
II	OBJETIVOS	5
2.1	Objetivo General	5
2.2	Objetivos específicos	5
III	MATERIALES Y METODOS	6
3.1	Ubicación de las parcelas experimentales	6
3.2	Descripción de las fincas en estudio	6
3.2.1	Descripción de la finca de la familia Pérez	6
3.2.2	Descripción de la Finca Valentina	7
3.2.3	Descripción de la Finca San Alberto	7

3.2.4	Descripción de la Finca La Zopilota	7
3.3	Metodología de muestreo de picudos	7
3.4	Procesamiento de muestras e identificación de picudos en laboratorio	8
3.5	Metodología de muestreo de cochinillas	8
3.6	Metodología de identificación de cochinillas en laboratorio	9
3.7	Metodología para el registro de Sigatoka	9
3.8	Evaluación de Sigatoka	10
3.8.1	Incidencia de Sigatoka	10
3.8.2	Severidad de Sigatoka	10
3.8.3	Escala de severidad de Sigatoka (Foure, 1982)	11
3.8.4	Cálculo del Área bajo la curva del progreso de la enfermedad	12
3.8.5	Identificación y descripción de sigatoka en laboratorio	13
3.8.6	Análisis patológico del material vegetativo	13
3.8.7	Cámara húmeda	13
3.8.8	Siembra de trozos de hojas con estructuras fructíferas y tejido infectado en AA y PDA	13
3.8.9	Identificación de sigatoka	14
3.9	Metodología de muestreo de Erwinia	14
3.9.1	Evaluación de Erwinia	14
3.9.2	Incidencia	14

3.9.3	Identificación y descripción de Erwinia en laboratorio	14
3.9.4	Medio de cultivo	15
3.9.4.1	Parte I	15
3.9.4.2	Parte II	
3.9.4.3	Preparación	15
3.9.5	Test de flujo	15
3.9.6.	Identificación de la bacteria	16
3.7	Metodología para el registro de punta de cigarro	16
3.7.1	Evaluación de punta de cigarro	16
3.7.1.1	Incidencia	16
3.7.1.2	Identificación y descripción de punta de cigarro en laboratorio	17
3.7.1.3	Análisis patológico del material vegetativo	17
3.7.1.4	Cámara húmeda	17
3.7.1.5	Siembra de trozos de frutos con estructuras fructíferas y tejido infectado en AA y PDA	17
3.8	Identificación de punta de cigarro	18
3.8.1	Análisis de los datos	18
3.8.2	Variables evaluadas en el estudio	19

IV	RESULTADOS Y DISCUSION	20
4.1	Fluctuación poblacional de picudo del plátano en el cultivo del plátano en Rivas entre Enero y Septiembre 2014	22
4.2	Fluctuación poblacional de cochinilla harinosa del plátano en el cultivo del plátano en Rivas entre Enero y Septiembre 2014	23
4.3	Comparación del porcentaje de incidencia de Sigatoka Negra en el cultivo del plátano, en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014	26
4.4	Comparación del porcentaje de severidad de Sigatoka Negra en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014	29
4.5	Comparación del área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE) de Sigatoka Negra en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014	30
4.6	Comparación del porcentaje de incidencia de la pudrición acuosa (Erwinia, sp.) en el cultivo del plátano, en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014	32
4.7	Comparación del porcentaje de incidencia Punta de cigarro en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014	34
V	CONCLUSIONES	37
VI	RECOMENDACIONES	38
VII	LITERATURA CITADA	39
VIII	ANEXOS	43

ÍNDICE DE CUADROS

CUADRO		PAGINA
1	Principales Ordenes, Familias, Género, Especies, Nombre Común, Hábito alimenticio y total de insectos encontrados en el cultivo de plátano en seis fincas del departamento de Rivas, entre los meses de enero a septiembre del 2014.	20
2	Análisis de varianza de la fluctuación poblacional del picudo del plátano, <i>C. sordidus</i> encontrado en el cultivo de plátano en muestreos realizados en las fincas de estudio, en Rivas de Enero a Septiembre del 2014.	22
3	Análisis de varianza de la fluctuación poblacional de cochinilla algodonosa del plátano, <i>D. grassii</i> encontrado en el cultivo de plátano en muestreos realizados en las fincas de estudio, en Rivas de Enero a Septiembre del 2014.	25
4	Análisis de varianza del porcentaje de incidencia de Sigatoka negra en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.	27
5	Análisis de varianza del porcentaje de severidad de Sigatoka negra en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.	30
6	Análisis de varianza del porcentaje de incidencia de la pudrición acuosa en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.	32
7	Análisis de varianza del porcentaje de incidencia de la punta de cigarro seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.	35

INDICE DE FIGURAS

FIGURA		PAGINA
1	Fluctuación poblacional del promedio de picudo en seis fincas del departamento de Rivas, entre los meses de enero a septiembre del 2014.	22
2	Fluctuación poblacional del promedio de cochinilla harinosa en seis fincas del departamento de Rivas, entre los meses de enero a septiembre del 2014.	24
3	Porcentaje de incidencia de Sigatoka Negra en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.	27
4	Porcentaje de severidad de Sigatoka Negra en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.	29
5	Área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE) de Sigatoka negra en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.	30
6	Porcentaje de incidencia de la pudrición acuosa en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.	32
7	Porcentaje de incidencia de Punta de en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.	36

INDICE DE ANEXOS

ANEXO		PAGINA
1.	Mapa de ubicación de las fincas evaluadas en los Municipios de Belén, Buenos Aires, Potosí.	42
2.	Datos de fincas de plátano evaluadas en el Municipio de Belén, Buenos Aires, Potosí.	43
3	Tipo de trampas utilizadas para el muestreo de picudos.	44
4	Tipo de picudos encontrados.	45
5	Monitoreo de cochinilla.	46
6	Monitoreo de Erwinia.	47
7.	Monitoreo de Sigatoka.	48
8.	Fruto con síntoma de Punta de cigarro.	49
9.	Análisis de laboratorio de insectos y enfermedades.	50
10.	Formatos para monitoreo de insectos y enfermedades.	52

RESUMEN

El plátano es un cultivo de alta rentabilidad con aceptables índices de producción y calidad, representa un rubro alternativo de exportación en la región, principalmente para el mercado Centroamericano. Desde algún tiempo atrás, la seguridad que el cultivo proporciona a los pequeños, medianos y grandes productores se ha visto amenazada por un conjunto de plagas y enfermedades que afectan a la planta y sus frutos. Con el objetivo de contribuir al conocimiento científico de insectos plagas y enfermedades asociadas al cultivo del plátano (*Musa paradisiaca*. L), se realizó este estudio en el periodo comprendido de Enero a Septiembre del 2014 en Rivas. Se hicieron muestreos de insectos y colectas de material enfermo en seis fincas plataneras de Rivas. Los insectos y patógenos fueron identificados en los laboratorios del Instituto de Protección y Sanidad Agropecuaria en Rivas y confirmados en los laboratorios de la Universidad Nacional Agraria. Las variables evaluadas en este estudio fueron, Número de picudos por trampa, fluctuación poblacional de picudos por finca, número de cochinillas arinosas por planta, fluctuación poblacional de cochinilla arinosa por finca, porcentaje de incidencia y severidad de daño de Sigatoka amarilla por planta, área bajo la curva de progreso de la enfermedad de Sigatoka amarilla, porcentaje de incidencia de daño de las enfermedades pudrición acuosa de las musáceas y de punta de cigarro. Como resultados del estudio se identificaron los insectos asociados al plátano tales como *Cosmopolites sordidus*, *Methamacius hemipterus*, *Rhinchosporum palmarum* y *Dysmicoccus grassi*. Los principales patógenos asociados al platan identificados en este estudio fueron *Micosphaerella fijiensis*, *Erwinia sp* y *Verticillium sp.*, de manera general se observó que la incidencia y severidad de todos los agentes causales de enfermedades reflejaron un comportamiento similar en las seis fincas, estos agentes se presentaron en todos los meses de muestreo, sin embargo, los mayores porcentajes de severidad se manifestaron en los meses de Agosto y Septiembre del 2014 con porcentajes que oscilaron entre el 60 y 67 %, la mayor área bajo la curva de progreso de la enfermedad se presentó en la finca La Zopilota, seguido de San Alberto y La Granja, la menor área bajo la curva de progreso de la enfermedad se presentó en la finca El Espíritu, El Trapiche y Valentina.

Palabras claves: Plátano, insectos, incidencia, severidad, fluctuación poblacional.

ABSTRACT

Banana is a crop of high profitability, with acceptable levels of production and quality, represents an alternative export sector in the region, mainly to the Central American market. For some time ago, the growing security provides small, medium and large producers, it has been threatened by a number of pests and diseases that affect the plant and its fruit. With the aim of contributing to scientific knowledge of insect pests and causal agents associated with the cultivation of plantain (*Musa paradisiaca*. L), this study was conducted in the period from January to September 2014 in the plantain zone in the municipalities of Belen, Buenos Aires and Potosi. Collections of insects and diseased material at predetermined sites for this purpose were made. Insects and pathogens were identified in the laboratories of IPSA, and confirmed at the National Agrarian University laboratories. The estimated variables were: number of *Cosmopolites sordidus*, population fluctuation of *Cosmopolites sordidus* per farm, number of *Dysmicoccus grassi* per plant, population fluctuation of *Dysmicoccus grassi* per farm, percentage of incidence of damage of *Mycosphaerella fijiensis*, percentage of severity of damage of *Mycosphaerella fijiensis*. Also, the area under the curve progression of the disease of *Mycosphaerella fijiensis* was calculated, in addition, the damage of incidence rate of *Erwinia* sp was calculated too, Inasmuch, the incidence percentage damage of *Verticillium* sp was measured. As results, it was found that *Cosmopolites sordidus*, *Methamatus hemipterus*, *Rhinchosporus palmarum* and *Dysmicoccus grassi* as the major insect pest of plantain in Rivas. The highest fluctuations in insect the months of June, July, August and September, the farm's Zopilota, El Trapiche and Valentina was where most species of billfish catch insects was obtained. In general, it was observed that the incidence and severity of the pathogen agents reflected similar behavior in the six farms, they appeared in all sampling months, however, the highest percentages of severity occurred in the months of August and September 2014 with percentage between 60 and 67%. The highest area under the curve was presented at La Zopilota farm, followed by San Alberto and La Granja, the lowest area under the curve was presented in the El Spirit, El Trapiche and Valentina farms.

Keywords: Banana, insects, incidence, severity, population fluctuation.

I. INTRODUCCION

El plátano es una planta tropical originaria del suroeste asiático, perteneciente a la familia de las musáceas, es un híbrido triploide de *Musa acuminata*, Colla y *Musa Balbisiana* Colla. De acuerdo con la FAO, 2003 el plátano se cultivaba en el sur de la India alrededor del siglo V, A.C. de allí se distribuyó a Malasia, Madagascar, Japón y Samoa. Fue introducido probablemente en África del este y oeste, entre los años 1000 y 1500 de la era cristiana. Finalmente llegó al Caribe y Latinoamérica, poco después del descubrimiento del continente, en América del sur se encontró en Bolivia y en Brasil, Ministerio de Fomento, Industria y Comercio (MIFIC, 2009).

Los suelos idóneos para el desarrollo del cultivo del plátano son aquellos que presentan una textura franco arenosa, franco arcillosa, franco arcillo limosa y franco limosa, debiendo ser, además, fértiles, permeables, profundos (1,2-1,5 m), bien drenados y ricos especialmente en materias nitrogenadas; el cultivo del plátano prefiere, suelos ricos en potasio, arcillo-silíceos, calizos, o los obtenidos por la roturación de los bosques, susceptibles de riego en verano, pero que no retengan agua en invierno (Buxadé *et al.*, 2002).

La platanera tiene una gran tolerancia a la acidez del suelo, oscilando el pH entre 4,5-8, siendo el óptimo 6,5. Los plátanos se desarrollan mejor en suelos planos, con pendientes del 0-1% (Acuña *et al.*, 2002).

Según APLARI (2013) el departamento de Rivas posee las mejores condiciones agroclimáticas para la siembra y el establecimiento de explotaciones bajo riego gracias a las características edáficas y la abundancia del recurso agua subterránea. Tiene la mayor cantidad de áreas sembradas de musáceas del país y en la zona el plátano es un rubro de alta relevancia agrícola, especialmente en la zona de Ometepe, Belén, Potosí, San Jorge, Buenos Aires y Tola donde existen más de 10,000 manzanas en producción.

Estudios realizados por (MIFIC, 2009) asegura que el plátano es un cultivo potencialmente de alta rentabilidad, con aceptables índices de producción y calidad, representa un rubro alternativo de exportación en la región, principalmente para el mercado Centroamericano como El Salvador y Honduras donde es utilizado como materia prima, fruta fresca y pelada para la elaboración de

diferentes productos transformados como: Chips, tostones y tajadas de plátano verde, maduros horneados o fritos y harina de plátano para alimento infantil. Otros países de destino de las exportaciones han sido Estados Unidos y Canadá, donde se ha comercializado como fruta para consumo fresco, posee una demanda nacional estable, con precios atractivos lo que lo ubica como un cultivo de alta estabilidad mercantil. Se produce 375 millones de unidades anuales, el 30% se exporta al mercado Centroamericano (MIFIC, 2009). Sin embargo, desde algún tiempo atrás, la seguridad que el cultivo proporciona a los pequeños, medianos y grandes productores, se ha visto amenazada por un conjunto de plagas y enfermedades que afectan a la planta y sus frutos (Jiménez–Martínez y Rodríguez, 2014). Se hace sumamente prioritario realizar un estudio fitosanitario que derive en un plan de manejo integral de estas plagas tomando en cuenta el manejo integral del cultivo.

El propósito de la investigación es compartir con los agricultores y técnicos de Nicaragua las herramientas suficientes de identificación temprana y sencilla de los insectos plagas y enfermedades asociadas al cultivo de plátano, que ayuden en la toma de decisiones y el manejo del cultivo. Este estudio vendrá a contribuir enormemente a la implementación de un plan integral de manejo a corto, mediano y largo plazo de los problemas fitosanitarios del plátano y que a la vez ayude a los productores de este rubro a conocer, manejar y reducir los daños ocasionados por las plagas en las plantaciones de este cultivo. Se considera importante este estudio para generar información sobre los principales insectos plagas y enfermedades asociadas al platano, su dinámica poblacional y el rol de cada uno de ellos; y que sirva como base para fortalecer conocimientos y brindar información que puedan ser consideradas para el diseño de estrategias de manejo integrado de cultivo que sean eficientes y sostenibles.

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general:

Contribuir al conocimiento científico nacional a través de un estudio de los principales insectos plagas y agentes causales de enfermedades asociadas al cultivo de plátano.

2.2 Objetivos específicos:

- 1). Identificar las principales especies de insectos picudos y otros insectos asociados al cultivo del plátano.
- 2). Describir la fluctuación poblacional y el rol de los principales insectos asociados al plátano.
- 3). Identificar los principales agentes causales de enfermedades en plátano
- 4). Determinar la incidencia y severidad del daño de las principales enfermedades que afectan al cultivo del plátano.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación de las parcelas experimentales

El estudio se llevó a cabo en seis fincas, propiedades de los productores Familia Pérez (El espíritu, La Granja, El Trapiche) Nackxil Zúñiga (Valentina), Marlon Aguilar (San Alberto), Rony Alvarado (La Zopilota), ubicadas en Rivas entre los meses de Enero a Septiembre del 2014.

3.2 Descripción de las fincas en estudio

En las seis fincas en estudio: Se utilizan tecnologías, se produce la variedad cuerno enano con sistema de riego y aplicaciones sistemáticas de insumos, este método de siembra es utilizado por los pequeños productores de plátano de la zona. Los meses de siembra se extienden de Abril a Junio, pero con más frecuencia es el mes de Agosto por efectos de lluvia y el periodo de corte se realiza todo el año debido a que la siembra se realiza con selección de semillas por bloques, la cosecha generalmente oscila en un rango de nueve meses de cultivo. El grado de maduración de los fruto es bastante visual, se considera cosechar cuando se tiene el 75% de llenado de racimos con más de 30 dedos. La maduración del fruto hasta la cosecha está determinada por las exigencias del mercado.

La cosecha se lleva a cabo un corte con machete por encima de la zona media del tallo, provocando una caída lenta del racimo con el fin de no dañar los frutos, ni que tengan contacto con el suelo, hasta ser alcanzado por el operario se procede al desprendimiento definitivo del racimo de la planta madre

3.2.1 Fincas de la Familia Pérez Ubicadas, dos en el Municipio de Potosí y una en Belén, con poblaciones que oscilan entre 1800 y 2000 plantas por manzanas, obteniéndose rendimientos entre las 50, 000 y 60,000 unidades por manzanas.

3.2.2 Finca Valentina

Ubicada en el Municipio de Potosí, con poblaciones que oscilan entre 1600 y 1800 plantas por manzanas, obteniéndose rendimientos entre las 48, 000 y 54,000 unidades por manzanas. Se considera cosechar cuando tienen un tamaño de fruto de 8 a 9 pulgadas de calibre

3.2.3 Finca San Alberto

Ubicada en el Municipio de Buenos Aires, con poblaciones que oscilan entre 1600 y 1800 plantas por manzanas, obteniéndose rendimientos entre las 48, 000 y 54,000 unidades por manzanas. Se considera cosechar cuando tienen un tamaño de fruto de 7.5 a 10 pulgadas de calibre.

3.2.4 Finca La Zopilota

Ubicada en el Municipio de Buenos Aires, con poblaciones que oscilan entre 1600 y 1800 plantas por manzanas, obteniéndose rendimientos entre las 48, 000 y 54,000 unidades por manzanas. Se considera cosechar cuando tienen un tamaño de fruto de 7.5 a 9 pulgadas de calibre.

3.3 Metodología de muestreo de picudos

Para identificar y describir los principales insectos picudos que estaban incidiendo sobre el cultivo de plátano se seleccionaran tres sitios de muestreos para determinar la presencia de picudos, la colocación de dichas trampas de discos tipo sándwich con pedazos de rizoma fueron eficaces para muestrear y reducir poblaciones de picudos adultos (Anexo, 3).

El muestreo o recolecta de los datos de insectos por trampa y planta se realizó quincenalmente, este se hizo en seis fincas de productores de plátano, en cada finca se establecieron tres sitios, y

en cada sitio de muestreo se establecieron tres trampas tipo sándwich de cormos o rizomas de plátano.

3.4 Procesamiento de muestras e identificación de picudos en laboratorio.

El montaje de los insectos se realizó en el museo entomológico de la UNA. Se tomaron los insectos de los viales entomológicos y se colocaron en platos petri para ser lavados en alcohol al 75%, luego cada muestra de insectos se colocó en papel toalla para secar durante unos 30 minutos a temperatura ambiente, se contaron los insectos y se anotaron en una hoja de muestreo, para el montaje, se procedió a la utilización de gradillas entomológicas, pinzas, pinceles, alfileres entomológicos número 4 de 38 y 45 mm de longitud y poroplas.

En las cajas entomológicas se ordenaron, rotulándolo con dos etiquetas, la primera etiqueta lleva la siguiente información (fecha, finca, número de trampas, país, departamento y colector), La segunda etiqueta contiene el orden, familia, género y la especie a la que pertenece el insecto.

Todos los datos obtenidos se anotaron junto con la cantidad de picudos identificados en una hoja de registro. Los insectos se observaron en el microscopio y se realizó una revisión bibliográfica, para lograr una identificación preliminar hasta el nivel de familia. Luego a estos insectos se les tomaron fotos y se compararon con otros especímenes en el museo, además se consultaron literaturas y libros relacionados a la taxonomía de insectos tales como (Nunes y Dávila, 2004) y (Sáenz y De la Llana, 1990). Además de la revisión de literatura específica, se realizó una identificación final de los especímenes; esta fue hecha hasta el nivel de género y especie.

3.5 Metodología de muestreo de cochinillas

Para identificar y describir las principales cochinillas que estaban incidiendo sobre el cultivo de plátano se seleccionaron las hojas bajas de 25 plantas de plátano en donde se determinó la presencia. El muestreo o recolecta de los insectos por planta se realizó quincenalmente, este se hizo en las seis fincas de productores de plátano. Para poder lograr tanto la identificación como la descripción de los insectos utilizamos un formato de registro de la cantidad de cochinillas encontradas en cada sitio de muestreo/día/parcela.

3.6 Metodología de identificación de cochinillas en laboratorio

El montaje de los insectos se realizó en el museo entomológico de la UNA. Se tomaron los insectos colectados en viales entomológicos y se colocaron en platos petri para ser lavados en alcohol al 75%, luego cada muestra de insectos se colocó en papel toalla para secar durante unos 30 minutos a temperatura ambiente, se contaron los insectos y se anotaron en una hoja de muestreo, para el montaje de los insectos, se procedió a la utilización de gradillas entomológicas, pinzas, pinceles, alfileres entomológicos número 4 de 38 y 45 mm de longitud y poroplas.

En las cajas entomológicas se ordenaron cada insecto, rotulándolo con dos etiquetas, la primera etiqueta lleva la siguiente información (fecha, finca, número de trampas, país, departamento y colector), la segunda etiqueta contiene el orden, familia, género y la especie a la que pertenece el insecto.

Las cochinillas colectadas se anotaron en una hoja de registro. Los insectos se observaron en el microscopio y se realizó una revisión bibliográfica, para lograr una identificación preliminar hasta el nivel de familia. Luego a estos insectos se les tomaron fotos y se compararon con otros especímenes en el museo, además se consultaron literaturas y libros tales como los de Nunes y Dávila, 2004 y Sáenz y De la Llana, 1990, relacionados a la taxonomía de insectos. Además de la revisión de literatura específica, se realizó una identificación final de los especímenes; esta fue hecha hasta el nivel de género y especie. La identificación final de los insectos colectados en este estudio fue hecha por el técnico entomólogo Alex Cerrato y confirmados por el Dr. Edgardo Jimenez Martinez en el laboratorio de Entomología de la UNA

3.7 Metodología para el registro de Sigatoka y colecta de muestras

El monitoreo de sigatoka, se realizó quincenalmente, este se hizo colectando partes de la planta (hojas) con signos y síntomas de enfermedades, se utilizó un formato de registro de la cantidad de hojas dañadas encontradas en cada sitio de muestro/día/parcela, luego depositadas dentro de un termo con hielo para el transporte del campo a los laboratorios de fitopatología del IPSA en Rivas y de la UNA en Managua.

3.8 Evaluación de sigatoka

3.8.1 Incidencia

Para determinar el porcentaje de incidencia de enfermedades se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Incidencia (\%)} = \frac{\text{Numero de hojas muestreadas con síntomas}}{\text{Total de hojas muestreados}} \times 100$$

3.8.2 Severidad

Con el fin de facilitar la realización de este estudio, se utilizó una escala para medir el nivel de daño foliar en plátano. Esta escala consistió en la estimación visual del porcentaje afectado del área foliar (hojas).

Para obtener el grado porcentual de severidad se utilizó la fórmula general planteada por (Vanderplank, 1963)

$$S (\%) = \frac{\sum i}{N (V_{\max})} \times 100$$

Donde:

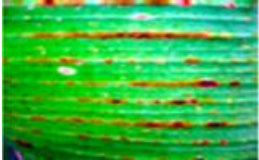

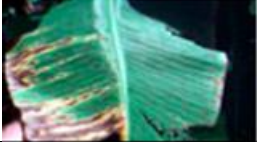
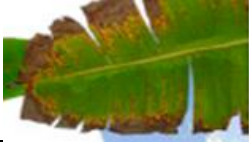
S = Porcentaje de severidad.


$\sum i$ = Sumatoria de valores observados.

N = Número de plantas muestreadas.

Vmax = Valor máximo de la escala.

3.8.3 Escala de severidad de Sigatoka por (Foure, 1982)

Estado	Descripción de síntomas
1	Aparecen manchas blanquecinas o amarillentas de 1mm de diámetro similar a Sigatoka amarilla, esta mancha no es visible tras luz y únicamente se observa en el envés de las hojas infectadas.
2 	Aparece una estría generalmente de color café en el envés de las hojas infectadas que más tarde se pueden apreciar también en la parte superior del limbo de las hojas como una estría de color amarillento que lentamente se torna café a negro sobre el haz de las hojas, manteniéndose el color café en las estrías en el envés de las hojas.
3 	Se diferencia del anterior por las dimensiones de las estrías, pues estas inician a elongarse, alcanzando bajo óptimas condiciones hasta 2 o 3 cms de largo. Aquí se inicia la formación de conidióforos y producción de conídias.
4 	Las manchas formadas se observan de color negro en el haz de las hojas y café en el envés
5 	Las manchas negras se presentan elipsoides por un halo amarillo

<p>6</p> 	<p>El centro de las manchas se seca e inicia a adquirir una tonalidad gris claro rodeado por la necrosis de color negra de la mancha que aún se hace rodear del halo amarillo.</p> <p>Se pueden notar la formación de puntos negros (Peritecios) dentro de la zona de color gris de la mancha, estas manchas prevalecen aún cuando la hoja se ha secado en la mata.</p>
--	---

3.8. 4 Calculo del Área Bajo la Curva de Progreso de la Enfermedad (ABCPE) para Sigatoka

Con los registros de severidad por finca se calculó el área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE) para Sigatoka negra. La fórmula utilizada fue la propuesta por (Shaner y Finney, 1977).

$$ABCPE = \sum_{i=1}^{n-1} \left[\frac{X_{i+1} + X_i}{2} \right] (t_{i+1} - t_i)$$

Donde:

X_i = Porcentaje de tejido afectado

t = Tiempo (días)

n = número de evaluaciones

3.8.5 Identificación y descripción de Sigatoka en laboratorio.

3.8.6 Análisis patológico de material vegetativo

Para realizar el análisis patológico del material vegetativo, se utilizaron técnicas de inducción de crecimiento de hongos, a partir de tejido vegetal enfermo posteriormente se sembró en medios de cultivos como: Agar-Agua (AA) y Papa Dextrosa Agar (PDA para inducir la esporulación de estructuras reproductivas del patógeno.

3.8.7 Cámara húmeda

Las muestras de tejido vegetal enfermo (hojas) se colocaron en platos petri o cajas plásticas con papel filtro, humedecido con agua destilada estéril para inducir a la esporulación de estructuras fructíferas de los hongos y su posterior identificación mediante el uso de microscopio.

3.8.8 Siembra de trozos de hojas con estructuras fructíferas y tejido infectado en AA y PDA

Primeramente se tomaron hojas con síntomas, posteriormente se realizaron pequeños cortes en la hoja de manera que solo quedara en la lesión la estructura, luego se dejó reposar en agua destilada estéril por un minuto, se secó con papel filtro y se dejó reposar por 30 segundos, finalmente se sembró en platos petri con Agar-Agua (AA). El fin es el de inducir el desarrollo y crecimiento de estructuras de reproducción, tanto de fase sexual como asexual. Para la siembra de trozos de hojas con tejido infectado en medio de cultivo papa dextrosa agar (PDA), las muestras fueron primeramente desinfectadas en alcohol al 95 % por 1 minuto, posteriormente se sembraron en platos Petri con PDA; estos platos petri se rotularon de la siguiente manera: nombre del cultivo, fecha de muestreo y nombre de la parcela, los platos se preservaron a temperaturas de 25-30 grados centígrados. Estos platos se revisaban diariamente con el propósito de observar estructuras reproductivas.

3.8.9 Identificación de Sigatoka

El género de hongo encontrado fue identificado utilizando claves taxonómicas. Las características morfológicas o de crecimiento como: color, forma de crecimiento, elevación de micelio y estructuras fructíferas se observaron en microscopio (Monterrosa, 1996).

3.9 Metodología para el registro de Erwinia

El monitoreo de Erwinia, se realizó quincenalmente, colectando partes de la planta (pseudotallo) con signos y síntomas de enfermedades, se utilizó un formato de registro de la cantidad de hojas dañadas encontradas en cada sitio de muestro/día/parcela, luego depositadas dentro de un termo con hielo para el transporte del campo a los laboratorios de fitopatología del IPSA en Rivas y de la UNA en Managua

3.9.1 Evaluación de Erwinia

3.9.2 Incidencia

Para determinar el porcentaje de incidencia de enfermedades se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Incidencia (\%)} = \frac{\text{Numero de hojas con síntomas}}{\text{Total de hojas muestreados}} \times 100$$

3.9.3 Identificación y descripción de Erwinia en laboratorio.

Para el procesamiento de las muestras en el laboratorio de bacteriología se realizó de la siguiente manera según (Fernández *et al.* 2010):

Se procedió a lavar con agua de chorro introduciendo el material en una bolsa plástica, agitándose suavemente y realizando varios lavados en forma de enjuague hasta que la muestra se observó completamente limpia.

Se seleccionaron áreas de tejido enfermo y se seccionaron con bisturí, cuando se obtuvieron los trozos convenientes para el montaje de las muestras se procedió a desinfectar el material seccionado utilizando hipoclorito de sodio (NaClO) al 5%, con tiempos que van de uno a tres minutos, una vez desinfectada la muestra y previo a la siembra se colocó papel filtro estéril para secar el agua.

La siembra de las muestras se efectuó de la siguiente manera:

Se colocaron los trozos desinfectados (aproximadamente 5 trozos de 2 cm de largo por plato petri) en el medio de cultivo, se maceró la muestra y se rayó en medio de cultivo.

3.9.4 Medio de cultivo

3.9.4.1 Parte I

K₂PO₄ (1gm), Peptona de caseína (8 gm), Extracto e levadura (3gm), NaCl (4gm), agua destilada (900 ml), pH=7.0

3.9.4.2 Parte II

Agua destilada (100 ml), Glucosa (3gm).

3.9.4.3 Preparación

Se homogenizan los ingredientes de la parte I y se le toma el pH, una vez que el pH está en el valor requerido (7.0), se procede a licuar el agar incorporado en la parte I del medio; en un baño maría a una temperatura aproximada a 121 °C por 15 minutos en autoclave. Las dos partes se mezclan cuando el medio tiene una temperatura aproximada 60 °C. Luego se vierte en platos petri estériles, estos sustratos se realizaron de acuerdo a (Mairena, 2003)

3.9.5 Test de Flujo: Se utilizó como prueba rápida, en el caso de bacterias vasculares (pseudotallo). Un trozo del tallo atacado por la bacteria vascular es cortado y se colocó suspendido en un vaso de agua. En este caso Erwinia fluye (se descarga) hacia al agua. Se observa a simple vista.

3.9.6 Identificación de la bacteria

Se valoraron parámetros: Morfología y aspecto de las colonias (masa constituida por bacterias que es visible a simple vista en la superficie de los medios sólidos de colora café a marrón), capacidad de crecer a una determinada temperatura, crecimiento en medios selectivos

diferenciales y movilidad, la bacteria encontrada fue identificada en el laboratorio, las características morfológicas fueron observadas bajo el microscopio, cuyas características visuales se asociaron al género *Erwinia*. Una vez transcurridas 24 y 48 h de desarrollo, se comenzó corroborando a todos la pureza del cultivo, su morfología macroscópica y microscópica mediante tinción de Gram (Schaad, 1994).

3.7 Metodología para el registro de punta de cigarro

El monitoreo de Punta de cigarro, se realizó quincenalmente, este se hizo colectando partes de la planta (frutos) con signos y síntomas de enfermedades, se utilizó un formato de registro de la cantidad de frutos dañados encontradas en cada sitio de muestro/día/parcela, luego depositadas dentro de un termo con hielo para el transporte del campo a los laboratorios de fitopatología del IPSA en Rivas y de la UNA en Managua.

3.7.1 Evaluación de punta de cigarro

3.7.1.1 Incidencia

Para determinar el porcentaje de incidencia de enfermedades se utilizó fórmula:

$$\text{Incidencia (\%)} = \frac{\text{Nuemro de hojas con síntomas}}{\text{Total de hojas muestreados}} \times 100$$

3.7.1.2 Identificación y descripción de Punta de cigarro en laboratorio.

3.7.1.3 Análisis patológico de material vegetativo

Para realizar el análisis patológico del material vegetativo, se utilizaron técnicas de inducción de crecimiento de hongos, a partir de tejido vegetal enfermo posteriormente se sembró en

medios de cultivos: Agar-Agua (AA) y Papa Dextrosa Agar (PDA para inducir la esporulación de estructuras reproductivas del patógeno.

3.7.1.4 Cámara húmeda

Las muestras de tejido vegetal enfermo (frutos) se colocaron en platos petri o cajas plásticas con papel filtro, humedecido con agua destilada estéril para inducir a la esporulación de estructuras fructíferas de los hongos y su posterior identificación mediante el uso de microscopio.

3.7.1.5 Siembra de trozos de frutos con estructuras fructíferas y tejido infectado en AA y PDA

Primeramente se tomaron frutos con síntomas, se realizaron pequeños cortes en el fruto de manera que solo quedara en la lesión la estructura, luego se dejó reposar en agua destilada estéril por un minuto, se secó con papel filtro y se dejó reposar por 30 segundos, finalmente se sembró en platos petri con Agar-Agua (AA). Este procedimiento es el de inducir el desarrollo y crecimiento de estructuras de reproducción, tanto de fase sexual como. Para la siembra de trozos de hojas con tejido infectado en medio de cultivo papa dextrosa agar (PDA), las muestras fueron primeramente desinfectadas en alcohol al 95 % por 1 minuto, posteriormente se sembraron en platos Petri con PDA; estos platos petri se rotularon de la siguiente manera: nombre del cultivo, fecha de muestreo y nombre de la parcela. Finalmente, los platos se preservaron a temperaturas de 25-30 grados centígrados. Estos platos se revisaban diariamente con el propósito de observar estructuras reproductivas.

3.8 Identificación de punta de cigarro

El género de hongo encontrado fue identificado utilizando claves taxonómicas propuestas por (Monterrosa, 1996). Las características morfológicas o de crecimiento como: color, forma de crecimiento, elevación de micelio y estructuras fructíferas se observaron en microscopio.

Para el procesamiento de las muestras en el laboratorio de micología se realizó de la siguiente manera:

Se lavó con agua de chorro introduciendo el material en una bolsa plástica, agitándose y realizando varios lavados en forma de enjuague hasta que la muestra se observó completamente limpia.

Se seleccionaron áreas de tejido enfermo y se seccionaron con bisturí, cuando se obtuvieron los trozos convenientes para el montaje de las muestras se procedió a desinfectar el material seccionado utilizando hipoclorito de sodio (NaClO) al 5%, con tiempos que van de uno a tres minutos, una vez desinfectada la muestra y previo a la siembra se colocó papel filtro estéril para secar el agua.

La siembra de las muestras se efectuó de la siguiente manera:

Se colocaron los trozos desinfectados (aproximadamente 5 trozos por plato petri) en el medio de cultivo, se maceró la muestra y se rayó en medio de cultivo PDA. Una vez crecido el hongo en el medio de cultivo, se procedió a identificar la estructura del hongo bajo el microscopio.

3.8.1 Análisis de los datos.

De acuerdo a la metodología utilizada por (Barrios *et al.*, 2004, Vargas *et al.*, 2005, Urías *et al.*, 2007, Rugama y López, 2011, Lacayo y Mayorga, 2014), después de colectados los datos, estas fueron arregladas por variables por finca en una tabla de datos en EXCELL, luego cada variable fue comparada entre fincas, efectuando un análisis de varianza, utilizando el programa de SAS (SAS, 2003). El nivel de significancia usado en el análisis fue de ($P = 0.05$).

3.8.2 Variables evaluadas en el estudio

Número de *Cosmopolites sordidus* encontrados por trampa

Fluctuación poblacional de *Cosmopolites sordidus* por finca.

Numero de *Dysmicocus grassi* por planta

Fluctuación poblacional de *Dysmicocus grassi* por finca

Porcentaje de Incidencia y severidad de daño de *Mycosphaerella fijiensis*

Área bajo la curva de progreso de la enfermedad de *Mycosphaerella fijiensis*

Porcentaje de Incidencia de daño de *Erwinia sp.*

Porcentaje de Incidencia de daño de *Verticillium sp.*

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados de los muestreos realizados a partir del 31 de enero al 26 de septiembre del 2014, se presentan a continuación. Los principales órdenes, familias, géneros y especies de todos los insectos encontrados en esta investigación en fincas de plátano se presentan en el **Cuadro.1**.

Cuadro 1. Ordenes, Familias, Género, Especies, Nombre Común, Hábito alimenticio y total de insectos encontrados en el cultivo de plátano en seis fincas del departamento de Rivas, entre los meses de enero a septiembre del 2014.

Orden	Familia	Género	Especie	Nombre común	Hábito alimenticio	Total de insectos encontrados
Coleóptero	Curculionidae	<i>Metamasius</i>	<i>hemipterus</i>	Picudo amarillo	Adulto y larva son masticadores, diseminador de patógenos	4
Coleóptero	Curculionidae	<i>Rhinchophorus</i>	<i>palmarum</i>	Picudo gigante	Adulto y larva son masticadores, diseminador de patógenos	2
Coleóptero	Curculionidae	<i>Cosmopolites</i>	<i>sordidus</i>	Picudo negro	Adulto y larva son masticadores, diseminador de patógenos	1078
Hemíptero	Pseudococcidae	<i>Dysmicoccus</i>	<i>grassi</i>	<i>Cochinilla algodonosa del platano</i>	Chupador	3222

4.1 Fluctuación poblacional de picudo del plátano en Rivas entre Enero a Septiembre 2014.

Se comparó la fluctuación poblacional de insectos del picudo en el cultivo de plátano en seis fincas (Figura, 1). Los insectos picudos se presentaron desde la fecha 31 de Enero hasta el 26 de Septiembre del 2014. Los mayores picos poblacionales de estos fueron encontrados entre las fechas Marzo 21 a Septiembre 12 del 2014. En las parcelas de plátano se observó que las poblaciones de picudos se presentaron a partir de la fecha 31 Enero, con 1 picudo por trampa, ocurriendo su mayor pico poblacional el 29 de Agosto con 11 picudos por trampa. Al realizar el análisis de varianza para comparar la fluctuación poblacional de picudos en las seis parcelas, se encontró diferencia significativa con probabilidad de ($P = 0.0002$), el mayor número de estos insectos se encontró en la parcela La Zopilota con un promedio de 6.51 insectos por trampa, mientras que la parcela la Granja presentó un promedio de 3.75 insectos por trampa (Cuadro, 2).

Los picudos, forman una muy amplia familia de coleópteros. El adulto de estos insectos se caracteriza por tener su cuerpo de forma alargada, ovalada o casi esférica, de tamaño de 1 a 50 mm, se reconocen por la cabeza estirada en forma de pico y las antenas acodadas. Son fitófagos y algunos son plagas serias de cultivos o de granos almacenados. Las larvas son apodas, viven dentro de los tejidos de las plantas: Raíces, tallos, cormos, semillas y frutas (Nunes y Dávila, 2004., Sáenz de la Llana, 1990, Jiménez-Martínez, 2009 y Jiménez-Martínez y Rodríguez, 2014).

El Picudo del plátano es un insecto que posee un ciclo de vida completo, los daños en plátano son causados por las larvas al alimentarse de los tejidos del cormo y formar galerías, que facilitan la pudrición del cormo o dificultan el transporte de nutrientes desde las raíces hacia el resto de la planta, se vuelven amarillas y marchitas. Es una plaga cosmopolita, ocasiona pérdidas en musáceas de hasta 40% de daño por caída (acame) de las plantas atacadas (Jiménez-Martínez y Rodríguez, 2014).

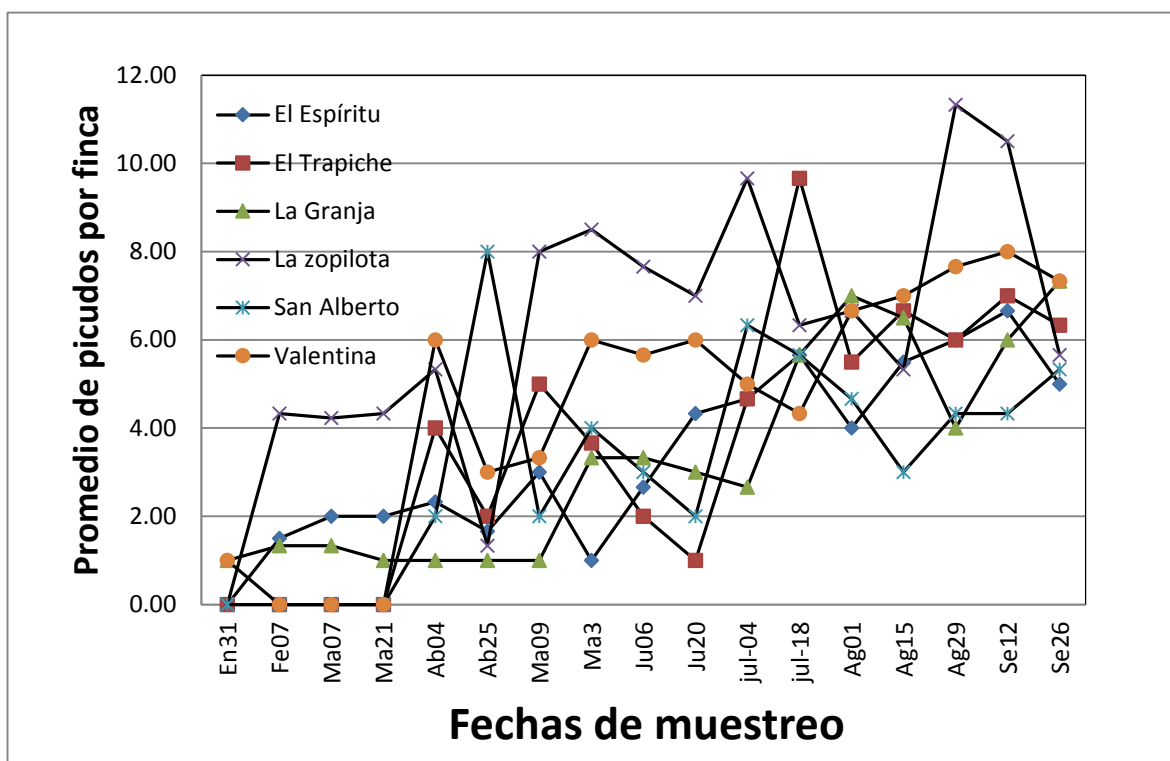


Figura 1. Fluctuación poblacional del promedio de picudos de plátano en seis fincas del departamento de Rivas, entre los meses de enero a septiembre del 2014.

Cuadro 2: Análisis de varianza de la fluctuación poblacional del picudo del plátano, en las fincas de estudio, en Rivas de Enero a Septiembre del 2014.

Nombre de la Finca	Media* \pm ES
La Zopilota	6.51 \pm 0.75 a
Valentina	5.80 \pm 1.29 a
El Trapiche	5.50 \pm 1.56 ab
San Alberto	4.59 \pm 2.06 b
El Espíritu	4.05 \pm 0.39 b
La Granja	3.75 \pm 1.00 c
CV	58.76

p	0.0002 (DS)
gl, F, n	196; 5.19; 306
n = número de datos usados en el análisis. C.V = Coeficiente de variación. gl = grados de libertad del error. P = Probabilidad.	DS = *Medias con letras distintas existe diferencias significativas ES = Error estándar. F = Fischer calculado

4.2 Fluctuación poblacional de cochinilla harinosa del plátano, en el cultivo del plátano en Rivas entre Enero y Septiembre 2014.

Se comparó la fluctuación poblacional de la cochinilla harinosa en el cultivo de plátano (Figura, 2). Estos insectos se presentaron desde la fecha 31 de Enero hasta el 26 de Septiembre del 2014. Los mayores picos poblacionales de estos insectos fueron encontrados entre las fechas Abril 25 a Septiembre 26 del 2014. En las parcelas de plátano se observó que las poblaciones de cochinilla se presentaron a partir de la fecha 31 Enero, con 5 cochinillas por hoja, ocurriendo su mayor pico poblacional el 25 de Abril con 27 cochinillas por hoja.

Al realizar el análisis de varianza para comparar la fluctuación poblacional de cochinillas en las seis parcelas, no se encontró diferencia significativa con probabilidad de ($P = 0.31$), el mayor número de estos insectos se encontró en la parcela San Alberto con un promedio de 12.15 insectos por hoja, mientras que la parcela La Zopilota presentó un promedio de 8.58 insectos por hoja (Cuadro, 3).

La familia Pseudococcidae o cochinillas harinosas tienen un cuerpo aplanado, oval y elongado, a veces hemisférico con prolongaciones a cada lado, producen cera que les da una coloración blanca. La hembra es de cuerpo alargado, con patas bien desarrolladas. Se encuentran sobre

cualquier parte de la planta, tienen una longitud entre 1 y 8 mm (Nunes y Dávila, 2004; Sáenz de la Llana, 1990; Jiménez - Martínez, 2009).

La Cochinilla Harinosa tiene metamorfosis simple, son fitófagos, se alimentan de la savia de las plantas, proveen un sustrato para el desarrollo de hongos al exudar una mielecilla por el ano. El tipo de aparato bucal es picador - chupador, establecen una relación patógeno vector (Jiménez - Martínez, 2009). El daño que este insecto ocasiona en plátano es que succiona la savia y se encuentra en el envés de las hojas bajas de las musáceas.

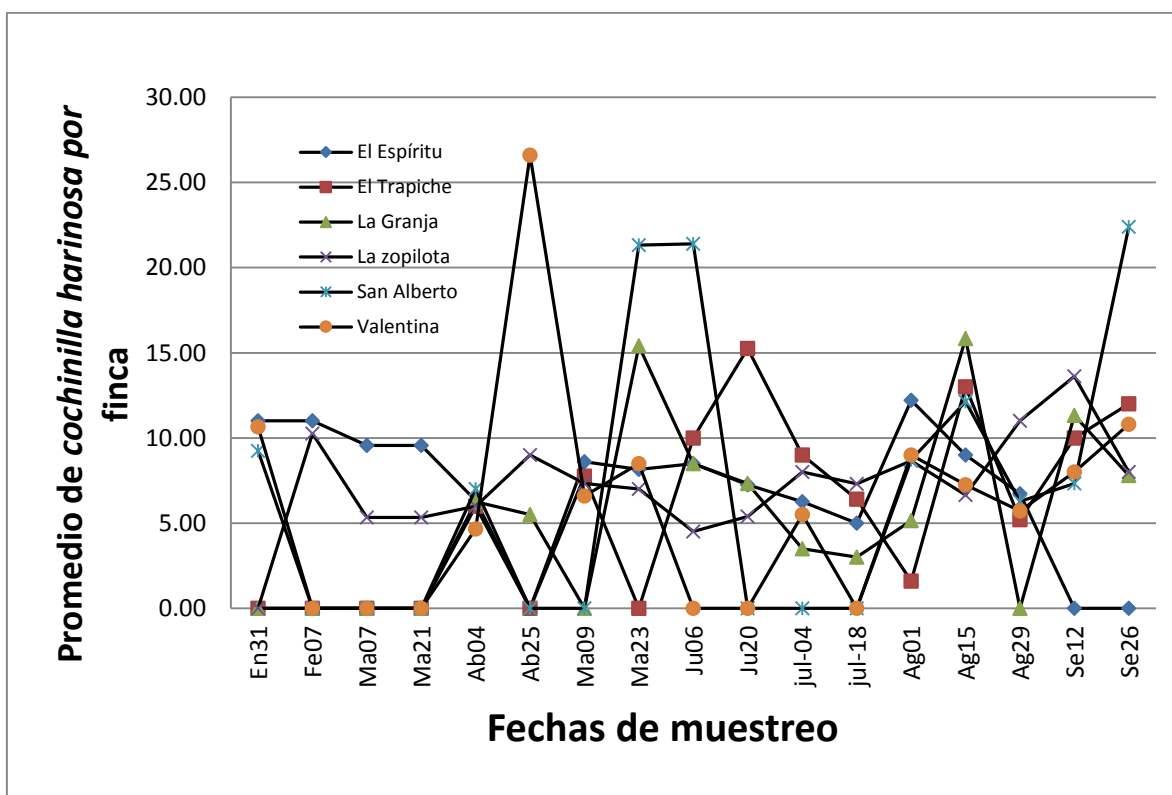


Figura 2. Fluctuación poblacional del promedio de cochinilla harinosa en seis fincas del departamento de Rivas, entre los meses de Enero a Septiembre del 2014.

Cuadro 3: Análisis de varianza de la fluctuación poblacional de cochinilla en las fincas de estudio, en Rivas de Enero a Septiembre del 2014.

Fincas	Media \pm ES
San Alberto	12.15 \pm 2.06
El Trapiche	10.00 \pm 1.56
Valentina	9.54 \pm 1.29
La Granja	8.85 \pm 1.00
El Espíritu	8.79 \pm 0.55
La Zopilota	8.58 \pm 0.76
CV	92.50
<i>p</i>	0.31(NS)
gl, F, n	334; 1.20; 2550
n = número de datos usados en el análisis. C.V = Coeficiente de variación. gl = grados de libertad del error. P = Probabilidad.	NS = No significativa DS =*Medias con letras distintas existe diferencias significativas ES = Error estándar. F = Fischer calculado

4.3 Comparación del porcentaje de incidencia de Sigatoka Negra en el cultivo del plátano, en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

Se comparó y describió la incidencia de daño de Sigatoka Negra en el cultivo del plátano, en seis fincas plataneras del departamento de Rivas, en el período comprendido Enero a Septiembre 2014. (Figura 3). De manera general se observa que la incidencia de este agente causal reflejó un comportamiento similar en las seis fincas, se presentó en todos los meses de muestreo, sin embargo, los mayores porcentajes de incidencia se presentaron en los meses de Agosto y Septiembre del 2014 con porcentajes de 49 y 52 % respectivamente. Al realizar el análisis de varianza y separación de medias para comparar los promedios de incidencia de Sigatoka Negra, no se encontró diferencia significativa ($P = 0.1426$).

El síntoma inicial que se observó en el campo consistió en la presencia de gran número de rayas y manchas, las cuales eran más notorias por debajo de las hojas, estas aceleran el marchitamiento y muerte del área foliar. La enfermedad se desarrolla en la planta, al inicio presenta pequeñas manchas de color blanco amarillo a rojizo, que solo son visibles por el envés de la hoja, las cuales aumentan de tamaño, formando rayas de color marrón, que continúan alargándose hasta ir formando manchas oscuras redondeadas o elípticas en el envés de las hojas y negras en el haz, secándose, originando una depresión en el centro de la mancha rodeada generalmente de un halo amarillo. Las lesiones se rodean de un borde oscuro y de tejido clorótico, que avanza hasta cubrir toda la hoja.

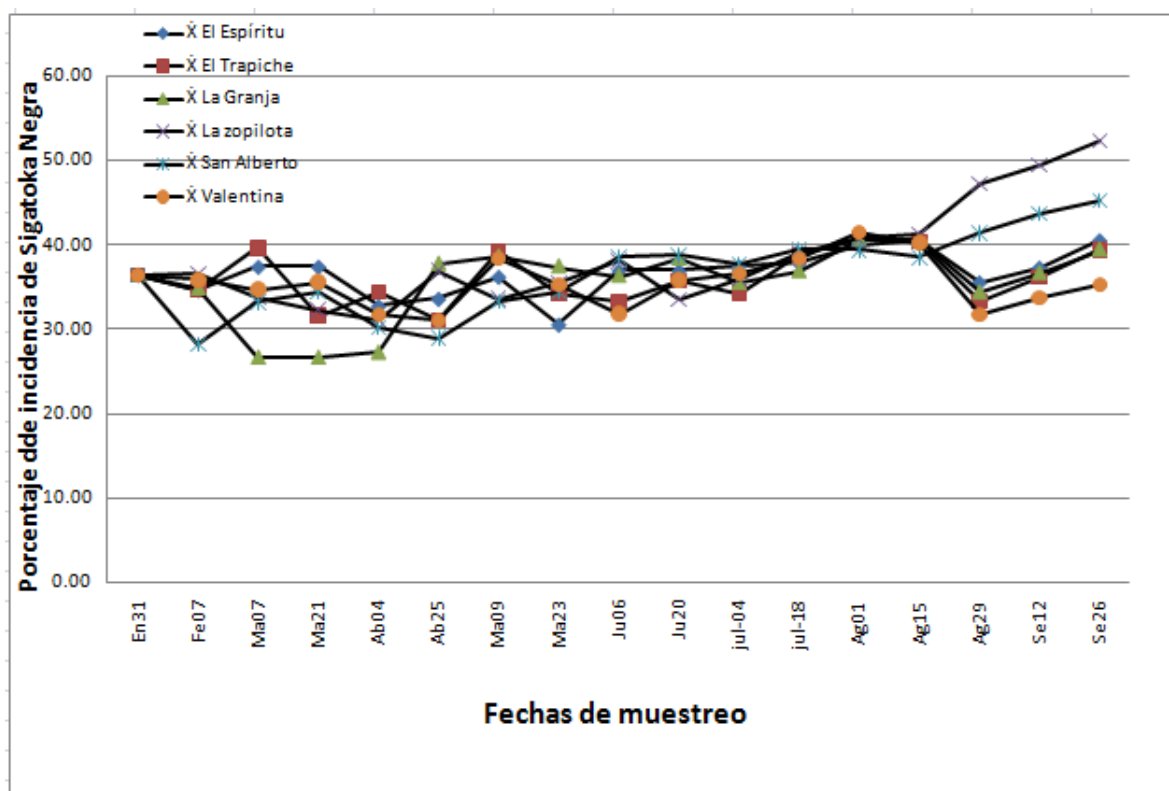


Figura 3. Porcentaje de incidencia de Sigatoka Negra en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

Cuadro 4: Análisis de varianza del porcentaje de incidencia de Sigatoka negra, en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

% Incidencia de Sigatoka	
Fincas	Media \pm ES
La Zopilota	37.07 \pm 0.90
El Espíritu	36.76 \pm 0.27
El Trapiche	36.23 \pm 0.27
San Alberto	35.90 \pm 0.29

Valentina	35.79 ± 0.26
La Granja	35.59 ± 0.32
CV	25.69
<i>p</i>	0.1426 (NS)
gl, F, n	2544, 1.65, 2550
n = número de datos usados en el análisis. C.V = Coeficiente de variación. gl = grados de libertad del error. P = Probabilidad.	NS = No significativa DS = *Medias con letras distintas existe diferencias significativas ES = Error estándar. F = Fischer calculado

4.4 Comparación del porcentaje de severidad de Sigatoka Negra en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

Se comparó y describió la severidad de daño de Sigatoka en seis fincas plataneras del departamento de Rivas, en el período comprendido Enero a Septiembre 2014. (Figura 4). De manera general se observa que la severidad de este agente causal reflejó un comportamiento similar en las seis fincas, se presentó en todos los meses de muestreo, sin embargo, los mayores porcentajes de severidad se presentó en los meses de Agosto y Septiembre del 2014 con porcentaje de 60 y 67 % respectivamente. Al realizar el análisis de varianza y separación de medias para comparar los promedios de severidad de Sigatoka Negra, no se encontró diferencias significativas ($P = 0.1044$). Cuando el daño por Sigatoka es severo, solamente la primera hoja abierta o la que esta enrollada está libre de síntomas. Las pecas iniciales de la enfermedad

aparecen en la segunda y tercera hoja, las rayas en las hojas número tres, cuatro y cinco; las rayas y manchas a partir de la sexta hoja en adelante. El principal daño de la enfermedad en las plantas es la reducción de la capacidad fotosintética de las hojas, este daño provoca debilitamiento y disminución en el rendimiento. Una planta debe tener por lo menos 7 a 8 hojas funcionales a la floración, para impedir pérdidas en la calidad de la fruta y garantizar buenos rendimientos (Palencia *et al.*, 2006).

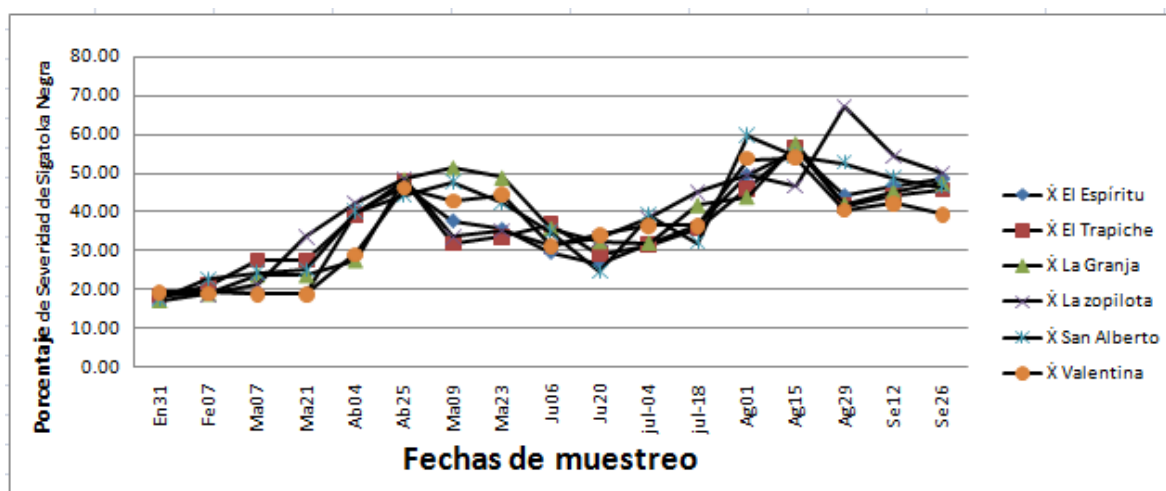


Figura 4 Porcentaje de severidad de Sigatoka Negra en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

4.5 Comparación del área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE) de Sigatoka en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

Se comparó y describió el área bajo la curva de progreso de Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis*, Morelet) en el cultivo del plátano, en seis fincas plataneras del departamento de Rivas, en el período comprendido Enero a Septiembre 2014 se presenta en la (Figura 5). La mayor área bajo la curva se presentó en la finca La Zopilota, seguido de San Alberto y La Granja, esto significa mayor oportunidad o mejores condiciones de la enfermedad para que progrese una epifítia mucho más rápido en estas fincas que en las otras, en cambio la menor área bajo la curva

se presentó en la finca El Espíritu, El Trapiche y La Valentina. Al realizar el análisis de varianza y separación de medias para comparar los promedios de ABCPE de Sigatoka Negra, no se encontró diferencias significativas ($P = 0.1044$)

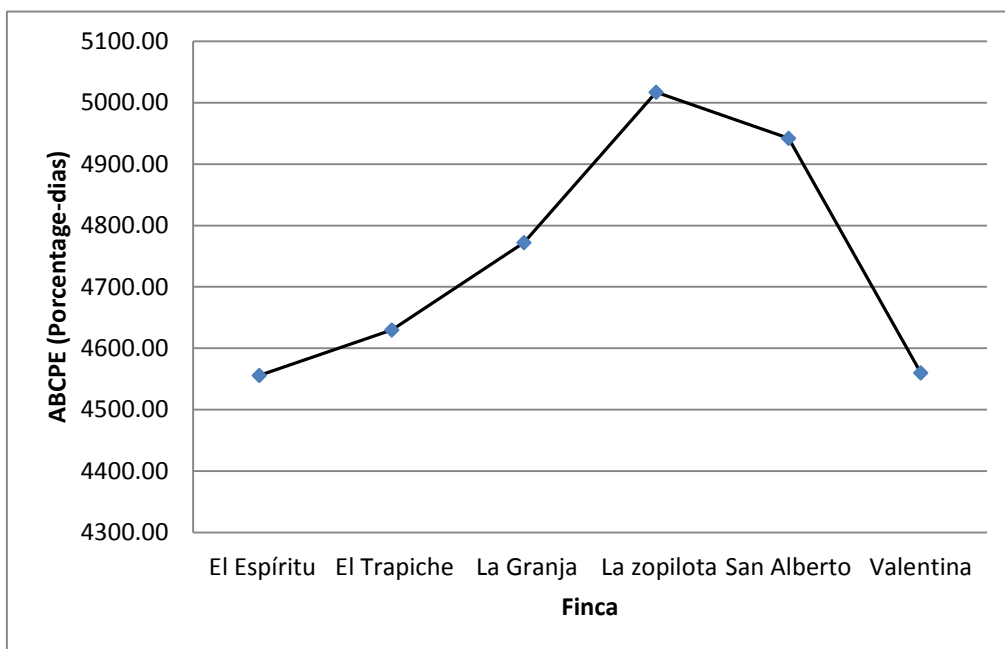


Figura 5. Área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE) de sigatoka negra en seis fincas plataneras de Rivas, 2014.

Cuadro 5: Análisis de varianza del porcentaje de severidad de Sigatoka negra en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

% Severidad de Sigatoka	
Fincas	Media \pm ES
San Alberto	38.92 \pm 0.70
La Zopilota	37.75 \pm 0.70
La Granja	37.58 \pm 0.67

El Trapiche	37.20 ± 0.64
Valentina	37.08 ± 0.73
El Espíritu	36.06 ± 0.69
CV	38.18
<i>P</i>	0.1044 (NS)
gl, F, n	2544, 1.83, 2550
n = número de datos usados en el análisis. C.V = Coeficiente de variación. gl = grados de libertad del error. P = Probabilidad.	NS = No significativa DS = *Medias con letras distintas existe diferencias significativas ES = Error estándar. F = Fischer calculado

4.6 Comparación del porcentaje de incidencia de la pudrición acuosa (*Erwinia, sp.*) en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

Se comparó y describió la incidencia de daño de la pudrición acuosa en el cultivo del plátano, en seis fincas plataneras del departamento de Rivas, en el período comprendido Enero a Septiembre 2014. (Figura 6). De manera general se observó que la incidencia de este agente causal reflejó un comportamiento similar en las seis fincas, se presentó en todos los meses de muestreo, sin embargo, los mayores porcentajes de incidencia se presentaron en los meses de Febrero y Agosto del 2014 con porcentaje de 50% en ambas fechas. Al realizar el análisis de varianza y separación de medias para comparar los promedios de incidencia se *Erwinia*, no se encontró diferencias significativas ($P = 0.58$). El síntoma inicial de *Erwinia* que se observó en el campo consistió en lesiones acuosas, de color amarillento al comienzo y color oscuro al final, de olor fétido. Normalmente la enfermedad aparece en la mitad del pseudotallo y avanza hacia el centro y hacia abajo hasta llegar al cormo. Como consecuencia de la obstrucción de los tejidos, las hojas se van amarillando hasta secarse totalmente.

La enfermedad se transmite de una planta enferma a una sana principalmente durante el deshoje, por medio de herramientas usadas en labres de campo (Palencia et al., 2006).

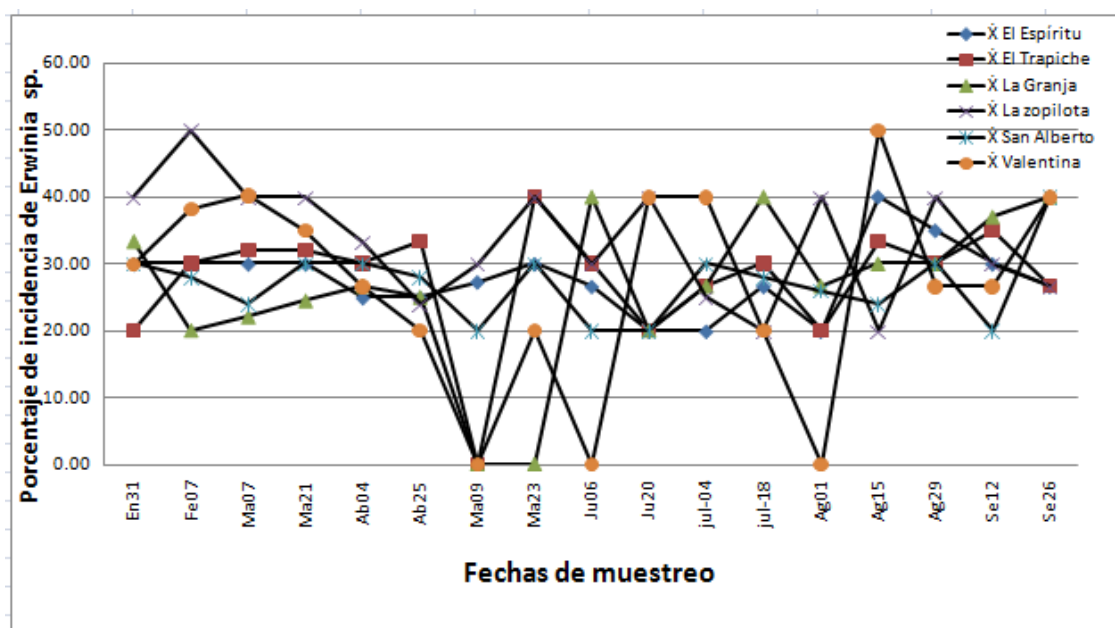


Figura 6. Porcentaje de incidencia de la pudrición acuosa en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

Cuadro 6: Análisis de varianza del porcentaje de incidencia de la pudrición acuosa en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

Fincas	Media \pm ES
La Granja	32.41 \pm 2.70
La Zopilota	32.34 \pm 1.97
Valentina	32.30 \pm 2.73
El Trapiche	30.76 \pm 2.18
El Espíritu	30.00 \pm 2.02
San Alberto	27.56 \pm 1.79
CV	42.85
<i>p</i>	0.58 (NS)
gl, F, n	212; 0.75; 218
n = número de datos usados en el análisis. C.V = Coeficiente de variación. gl = grados de libertad del error. P = Probabilidad.	NS = No significativa DS =*Medias con letras distintas existe diferencias significativas ES = Error estándar. F = Fischer calculado

4.7 Comparación del porcentaje de incidencia Punta de cigarro en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

Se comparó y describió la incidencia de daño de Punta de cigarro en el cultivo del plátano, en seis fincas plataneras del departamento de Rivas, en el período comprendido de Enero a Septiembre 2014. (Figura 8). De manera general se observó que la incidencia de este agente causal reflejó un comportamiento similar en las seis fincas, se presentó en todos los meses de muestreo, sin embargo, los mayores porcentajes de incidencia se presentaron en los meses de Enero y Septiembre del 2014 con porcentaje de 7 y 11% respectivamente. Al realizar el análisis de varianza y separación de medias para comparar los promedios de incidencia se Punta de cigarro, no se encontró diferencias significativas ($P= 0.18$).

El inicio de la infección y el desarrollo de la punta de cigarro, están ligados a la alta humedad ambiental, razón por la cual, la enfermedad se observa durante la estación lluviosa, el patógeno penetra en frutos jóvenes a través de los restos de la flor que quedan adheridos a estos o bien a través de heridas ocasionadas por insectos como avispa o congos (*Trigona sp*) (Carcache, 2000).

El fruto infectado presenta un ennegrecimiento inicial en la punta, la lesión se seca y al crecer el hongo sobre la parte muerta, esta última toma una forma idéntica a la ceniza de un cigarro, de ahí el nombre de la enfermedad. Para evitar la enfermedad deben eliminarse a mano los restos de la flor (pistilos) en los dedos que inician a formarse. Esto se conoce como des florillado. Un buen arreglo y distribución de las plantas en el terreno de manera que permita la entrada de aire y sol es muy importante para el manejo de la enfermedad, ya que de esta manera se elimina rápidamente cualquier exceso de humedad. Las aspersiones de fungicidas que se dan en el plátano para el control de la sigatoka, ayudan también a combatir esta enfermedad (Carcache, 2000).

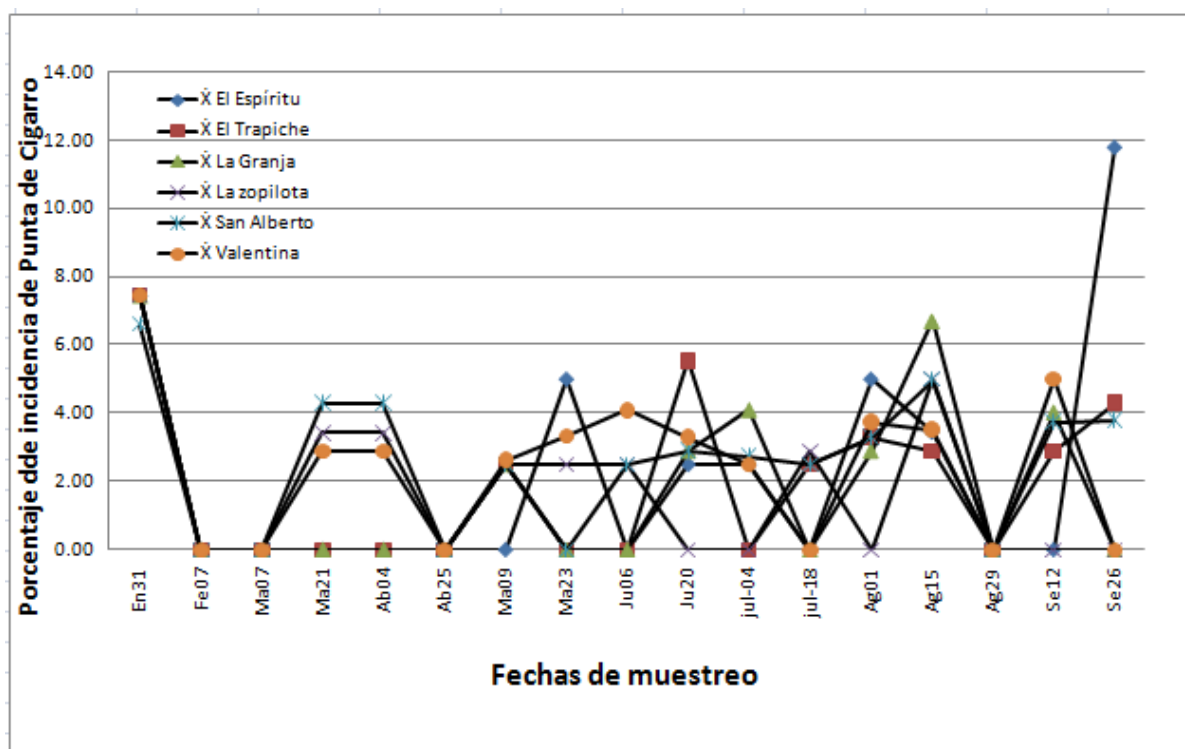


Figura 7. Porcentaje de incidencia de Punta de cigarro en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

Cuadro 7: Análisis de varianza del porcentaje de incidencia de la punta de cigarro en seis fincas plataneras del departamento de Rivas 2014.

Fincas	Media \pm ES
El Espíritu	7.06 \pm 2.06
La Granja	5.00 \pm 0.89
El Trapiche	4.58 \pm 0.78
La Zopilota	4.27 \pm 0.68
Valentina	4.08 \pm 0.51
San Alberto	4.07 \pm 0.39
CV	78.91
<i>P</i>	0.18 (NS)
gl, F, n	107; 1.52; 113
n = número de datos usados en el análisis. C.V = Coeficiente de variación. gl = grados de libertad del error. P = Probabilidad.	NS = No significativa DS = *Medias con letras distintas existe diferencias significativas ES = Error estándar. F = Fischer calculado

V. CONCLUSIONES

1. Se identificó a *Cosmopolites sordidus*, *Metamasius hemipterus* y *Rhynchophorus palmarum* como los principales insectos picudos asociados a los cormos del cultivo del plátano en el departamento de Rivas.
2. Se identificó a la cochinilla *Dysmicoccus grassi* como el principal insecto chupador asociado a las hojas del plátano en Rivas.
3. Se describió la fluctuación poblacional y el rol de *Cosmopolites sordidus* y *Dysmicoccus grassi*. como principales insectos plagas asociados al plátano en Rivas
4. Se identificó a *Mycosphaerella fijiensis*, *Erwinia sp.* y *Verticillium sp.* como los principales agentes causales de enfermedades asociadas al cultivo del plátano en Rivas.

VI. RECOMENDACIONES

- 1.** Se recomienda seguir realizando estudios entomológicos en el cultivo de plátano, para así poder generar más información sobre qué tipo de insectos se asocian a este cultivo, conocer sobre su fluctuación poblacional y el rol de estos tanto en plátano enano como gigante.
- 2.** Realizar más estudios sobre la identificación y diversidad de agentes causales de daño en otras zonas productoras de plátano para generar más información sobre estos organismos asociados al cultivo.

VII. LITERATURA CITADA

- Acuña, JF, Archila OM y Bustos, OE. 2002. Manual Agropecuario. Tecnologías Orgánicas de la Granja Internacional Autosuficiente. 1 ed. CO. v. 1,071 p.
- APLARI (Asociación de Plataneros de Rivas). 2013. Conglomerado del plátano en Nicaragua. 1 ed. NI. v 715 p.
- Barrios –Díaz, Benjamín.; Alatorre –Rosas, Raquel.; Calyecac –Cortero, Humberta G.; Bautista –Martínez, Néstor. 2004. Identificación y fluctuación poblacional de las plagas de la col (*Brassica oleracea* var. *Capitata*) y sus enemigos naturales en Acatzingo, Puebla, MX. *Agrociencia* 38: 339 – 248.
- Buxadé, C., Curt, MD y Durán, JM. 2002. Enciclopedia práctica de la agricultura y la ganadería. se. ES. v. 1,028 p.
- Carcache Vega, M. 2000?. Las Enfermedades de plátano. Cuaderno de Campo para reconocimiento de las enfermedades. INTA, NI. s.l. 31p.
- Carcache Vega, M. 2000?. Los Picudos del Plátano. Cuaderno de Campo para reconocimiento de la plaga. INTA, NI. U. 23p.
- Díaz, FJ., Rivera, JM y Durán IF. 2007. Como proteger de las plagas del suelo los cormos-semillas de plátano y banano. HN. 18 p.
- Fernández, A; García, C; Valdezate, S. 2010. Métodos de identificación bacteriana de microbiología. s.l. 23 p.
- Fouré E. 1982. Les cercosporioses du bananier et leurs traitements: Etude de la sensibilité variétale des bananiers et des plantains á *M.fijiensis* Morelet au Gabon. *Fruits*. s.l. 749 p.

Gold, CS y Messiaen, S. Octubre 2000. El picudo negro del banano *Cosmopolites Sordidus*. INIBOP (Réseau international pour l'amélioration de la banane et de la banane plantain, Parc Scientifique Agropolis). FR. 4 p. Consultado 02 septiembre 2013. Disponible en: <http://inibap.org>

ICA (Instituto Colombiano Agropecuario). 2007. Control de plagas y enfermedades en los cultivos. 1 ed. CO. v 740 p.

INIDE MAGFOR CENAGRO (2001) III Censo Nacional Agropecuario. NI. 70 p.

Jiménez – Martínez, E. 2009. Entomología. Universidad Nacional Agraria (UNA). Dirección de Investigación Extensión y Posgrado (DIEP). Editronic, se. Managua, NI. 112 p.

Jiménez- Martínez E. Rodríguez- Flores O, 2014. Universidad Nacional Agraria. Insectos: Plagas de cultivos en Nicaragua. se. Managua, NI. 218 p.

Lacayo, R. Mayorga, J. 2014. Abundancia, riqueza y diversidad insectil asociada al cultivo de Marango (*Moringa oleifera* L.). Ingeniero agrónomo. Managua, NI. Universidad Nacional Agraria. 56 p.

Manual del Exportador de frutas, Hortalizas y Tubérculos (en línea) CO. 2000. 3 p. Consultado 03 Septiembre 2013. Disponible en:

<http://biblioteca.ugca.edu.co/cgi-bin/koha/opac-detail.pl?biblionumber=3133>

Mairena, R. 2003 Guía práctica para laboratorio de diagnóstico fitopatológico, NI. Instituto de Protección y Sanidad Agropecuaria. 31 p.

Medina, C., Vallejo, LF. 2002. Métodos de muestreo para evaluar poblaciones de picudos del plátano (Coleoptera: Curculionidae, Dryophthorinae). Ingeniero Agrónomo. Departamento de Caldas- CO. Departamento de Fitotecnia, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas. 14 p. Consultado 02 Sep 2013. Disponible en:

<http://camilomedina.files.wordpress.com/2010/03/metodos-de-muestreo-para-picudos-delplatano2.pdf>

MIFIC (Ministerio de Fomento, Industria y Comercio). 2009. NI. 22p.

Monterrosa, D. 1996. Técnicas fitopatológicas de laboratorio para el diagnóstico de las enfermedades de las plantas. Proyecto CATIE INTA-MIP (NORAD). Managua, Nicaragua. 29 p.

Nunes, C, Dávila, ML. 2004. Taxonomía de las Principales Familias y Subfamilias de Insectos de interés Agrícolas en Nicaragua. UCAPSE (Universidad Católica Agropecuaria del Trópico Seco Estelí) Nicaragua. P.164.

Palencia, GE., Gómez, R y Martín, JE. 2006. Manejo sostenible del cultivo del plátano. (en línea) Bucaramanga, CO. 28 p. Consultado 02 Sep. 2013. Disponible en:

<http://corpomail.corpaica.org.co/BACFILES/BACDIGITAL/56458/56458.pdf>

Rugama- Lovo, IM, López- Vílchez, ME. 2011. Identificación y descripción de los principales insectos rastreros asociados al cultivo del marañón (*Anacardium occidentale* L.) orgánico y convencional, en león, Nicaragua. Ingeniero agrónomo. Managua, NI. Universidad Nacional Agraria. 94 p.

Sáenz, M.; De La Llana, A. 1990. Entomología sistemática. UNA (Universidad Nacional Agraria). Managua, NI. 225 p.

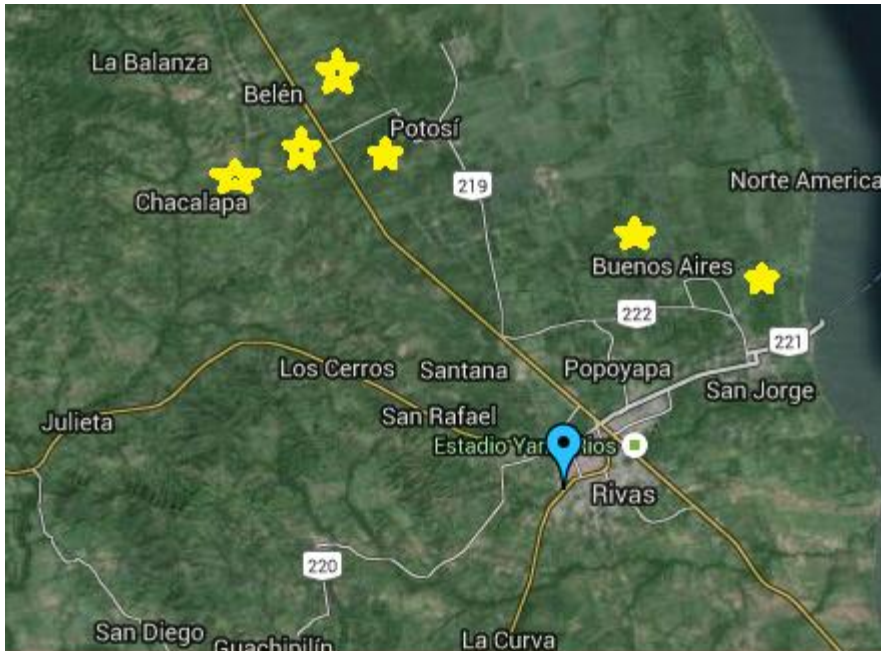
SAS Institute. 2003. University of Nebraska. Cary, NC, USA.V.91

Shaner, G y Finney, R. 1977. The Effect of Nitrogen Fertilization on the Expression of Slow-Mildewing Resistance in Knox Wheat. *Phytopathology* 67: 1051- 1056.

- Schaad, N.W. 1994. Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria. Second Edition. St. Paul, Minnesota: American Phytopathological Society, página 157
- Urías –López, M.A.; Salazar –García, S.; Johansen –Naime, R. 2007. Identificación y fluctuación poblacional de especies de trips (Thysanoptera) en aguacate Hass en Nayarit, México. MX. Revista Chapingo Serie Horticultura 13 (1): 49 – 54.
- Vanderplank, JE1963. Disease Resistance Plant. 2 ed. EU. v. 191 p.
- Vargas- Carrillo, E. 2011. Guía para la identificación y manejo integrado de plagas en piña. San José, CR. En línea. s.e. REPCAR, PROAGROIN. Consultado 19 sep. 2013. Disponible en:
<http://cep.unep.org/repcar/proyectos-demostrativos/costa-rica-1/publicaciones-proagroin/Guia%20Manejo%20de%20plagas%20en%20pina.pdf>.

VIII. ANEXOS

Anexo No 1. Mapa de ubicación de las fincas evaluadas en los Municipios de Belén, Buenos Aires, Potosí.



Anexo No 2. Datos de fincas de plátano evaluadas en el Municipio de Belén, Buenos Aires, Potosí

Finca	Productor	Municipio	Área (ha)	X	Y	msnm
La Granja	Familia Pérez	Belén	17	621462	1272700	73
El Trapiche	Familia Pérez	Belén	14	623810	1272451	59
El Espíritu	Familia Pérez	Potosí	57	623644	1270887	62
Valentina	Nacxil Zúñiga	Potosí	12	620549	1274382	76
San Alberto	Marlon Aguilar	Buenos Aires	11	627024	1268177	80
La Zopilota	Rony Alvarado	Buenos Aires	35	627471	1269807	55

Anexo No 3. Tipo de trampas utilizadas para el muestreo de picudos.



Anexo No 4. Tipo de picudos encontrados.



Anexo No 5. Monitoreo de cochinilla.



Anexo No 6. Monitoreo de Erwinia.



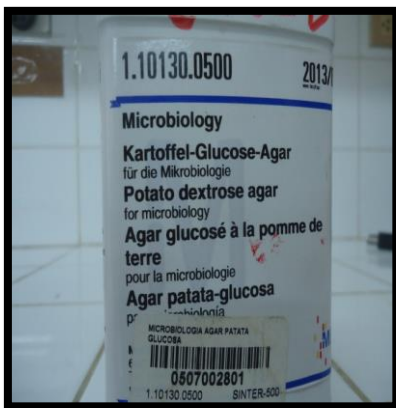
Anexo No 7. Monitoreo de sigatoka.



Anexo No 8. Fruto con síntoma de Punta de cigarro.



Anexo No 9. Análisis de laboratorio de insectos y enfermedades.



Anexo No 10. Formatos para monitoreo de insectos y enfermedades.

HOJA DEL MONITOREO DEL PICUDO DEL PLATANO						
Fecha: _____ Inspector: _____						
Nombre de la Finca	Picudos/Trampa					Observaciones
	T1=	T2=	T3=	T4=	T5=	
	T6=	T7=	T8=	T9=	T10=	
	T1=	T2=	T3=	T4=	T5=	
	T6=	T7=	T8=	T9=	T10=	
	T1=	T2=	T3=	T4=	T5=	
	T6=	T7=	T8=	T9=	T10=	
	T1=	T2=	T3=	T4=	T5=	
	T6=	T7=	T8=	T9=	T10=	
	T1=	T2=	T3=	T4=	T5=	
	T6=	T7=	T8=	T9=	T10=	
	T1=	T2=	T3=	T4=	T5=	
	T6=	T7=	T8=	T9=	T10=	

HOJA DE RECuento DE COCHINILLA / ESCAMA										
NOMBRE DE LA FINCA: _____					FECHA: _____					
PRODUCTOR: _____					CULTIVO: _____		VARIEDAD: _____			
MUNICIPIO: _____					COMUNIDAD: _____					
AREA: _____					UBICACIÓN X: _____		Y: _____			
TECNICO: _____					EDAD DE LA PLANTACIÓN: _____					
ESTACIÓN	PTA 1		PTA 2		PTA 3		PTA 4		PTA 5	
	COCHINILLA	ESCAMA	COCHINILLA	ESCAMA	COCHINILLA	ESCAMA	COCHINILLA	ESCAMA	COCHINILLA	ESCAMA
1										
2										
3										
4										
5										
OBSERVACIONES _____										

Fecha: _____ Departamento: Rivas Municipio/Comarca: _____ Finca: _____ Código finca: _____
 Cultivo: _____ Variedad: _____ Edad-Cultivo: _____ Área Total: _____ Área Monitoreada: _____
 Nombre-Productor: _____ Nombre-Inspector: _____

Estación #	Planta #	# hojas total (A)	# hojas enfermas (B) Sigatoka	# hojas sanas (C) Sigatoka	Surco #	# plantas x Surco	# plantas enfermas		Observaciones
							Erwinia	M. Panama	
1	1								
	2								
	3								
	4								
	5								
2	1								
	2								
	3								
	4								
	5								
3	1								
	2								
	3								
	4								
	5								
4	1								
	2								
	3								
	4								
	5								
5	1								
	2								
	3								
	4								
	5								
Total									

Total plantas enfermas
 % Incidencia = $\frac{\text{Total plantas enfermas}}{\text{Total plantas evaluadas}} \times 100 =$

% Severidad = $\frac{\sum I_i}{N(V_{max})} \times 100$

HOJA DE MONITOREO DE PUNTA DE CIGARRO DEL PLATANO

Estación #	Planta #	# fruto total (A)	# fruto enfermos (B)	Promedio $B \cdot 100 / A$
1	1			
	2			
	3			
	4			
	5			
2	1			
	2			
	3			
	4			
	5			
3	1			
	2			
	3			
	4			
	5			
4	1			
	2			
	3			
	4			
	5			
5	1			
	2			
	3			
	4			
	5			
Total				

$\% \text{ Incidencia} = \frac{\text{Total plantas enfermas}}{\text{Total plantas evaluadas}} \times 100$